



Esta obra está bajo una [Licencia
Creative Commons Atribución-
NoComercial-CompartirIgual 2.5 Perú.](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/)

Vea una copia de esta licencia en
<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICA - PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



“PROPAGACION VEGETATIVA DE QUINILLA (*Manilkara bidentata*, A.DC.) MEDIANTE EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS UTILIZANDO CAMARA DE SUBIRRIGACIÓN EN EL DISTRITO DE MORALES PROVINCIA DE SAN MARTIN”

TESIS

PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

DANNY DANIEL CERVANTES OWAKI

TARAPOTO – PERÚ

2 011

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICA - PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



“PROPAGACION VEGETATIVA DE QUINILLA (*Manilkara bidentata*, A.DC.) MEDIANTE EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS UTILIZANDO CAMARA DE SUBIRRIGACIÓN EN EL DISTRITO DE MORALES PROVINCIA DE SAN MARTIN”

TESIS

PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

DANNY DANIEL CERVANTES OWAKI

TARAPOTO – PERÚ

2 011

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

ÁREA DE SUELOS Y CULTIVOS

“PROPAGACION VEGETATIVA DE QUINILLA (*Manilkara bidentata*, A.DC.) MEDIANTE EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS UTILIZANDO CAMARA DE SUBIRRIGACIÓN EN EL DISTRITO DE MORALES PROVINCIA DE SAN MARTIN”

TESIS

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

DANNY DANIEL CERVANTES OWAKI



Ing. M.Sc. Gilberto Ríos Olivares

PRESIDENTE



Ing. Jorge Luis Peláez Rivera
MIEMBRO



Ing. María Emilia Ruíz Sánchez

SECRETARIO



Ing. Segundo Darío Maldonado Vásquez
ASESOR

DEDICATORIA

A DIOS por darme fuerza, buena salud y sabiduría para enfrentar obstáculos y seguir adelante aún en los momentos más difíciles.

A mis padres: DANIEL y EVA por apoyarme siempre en mi formación personal guiándome día a día por el camino del bien. Que a pesar de los obstáculos se llega superar mediante el conocimiento y voluntad. Que todo se puede lograr en la vida cuando se lucha con el corazón y por ser ejemplo e inspiración en mi vida.

A mi hermana: KAREL EVA, con su fuerza de voluntad, paciencia, dedicación y su lucha constante en la vida diaria.

A mis sobrinas: KAORI KINUE, LAYEVSKA KAREL que me inspiran en todo momento.

A mi abuelita AGUEDA SANDOVAL y la Señorita KINUE, que con su dedicación y consejos me ayudaron ir por el buen camino.

A mi abuelito CEYER OWAKI, que desde el cielo me acompaña, y que sus enseñanzas fueron de bien en mi vida personal y profesional.

A mis grandes amigos: HENRRY RUIZ, INES CHONG, GONZALO DIAZ, LUXSERMAN PINEDO, GREYS LAGOS, quienes me acompañaron y me brindaron su apoyo en todo momento.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional de San Martín-T, en especial a los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias que contribuyeron a mi formación profesional.

Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP-San Martín), con la Gerencia del Ing. M.Sc. Luis Arévalo López por todo el apoyo brindado y facilitar las instalaciones para el desarrollo del presente trabajo de tesis.

Al Ing. Danter Cachique Huansi, co-patrocinador de la presente tesis.

Al Ing. Segundo Dario Maldonado Vásquez, asesor del presente trabajo, por su valiosa dirección y supervisión de la presente tesis.

Al Ing. Henry Ruiz Solsol, co-asesor del presente trabajo, por compartir sus conocimientos, tiempo, dedicación y su valiosa dirección y supervisión de la presente tesis.

A mis amigos y compañeros de trabajo (IIAP), Marco A. Garcia, Pedro García, Katty Ramírez, Jorge Ibérico, quienes me brindaron su apoyo en la realización de la tesis.

INDICE

	Página
I. INTRODUCCIÓN	01
II. OBJETIVOS	02
III. REVISIÓN DE LITERATURA	03
3.1. Generalidades de la especie en estudio	03
3.1.1. Distribución y hábitad	03
3.1.2. Clasificación botánica	04
3.1.3. Descripción morfológica	04
3.1.4. Usos	06
3.2. Sistemas de propagación	07
3.2.1. Propagación sexual	08
3.2.2. Propagación asexual	08
3.3. Propagación vegetativa a través de estacas	10
3.3.1. Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a	11

través de estacas

3.3.2. Factores abióticos que condicionan el enraizamiento

de estacas 16

3.3.2.1. Efecto de la

luz 16

3.3.2.2. Efecto de la temperatura

ambiental 18

3.3.2.3. Efecto del medio de

enraizamiento 19

3.3.2.4. Efecto de la humedad

relativa 21

3.3.2.5. Efecto de reguladores de

crecimiento 23

3.3.3. Factores bióticos que condicionan el enraizamiento de

estacas 28

3.3.3.1. Edad de la planta

madre 28

3.3.3.2. Sección de la planta madre para la

obtención de

estacas 28

3.3.3.3. Superficie foliar de la

estaca 30

3.4. Sistemas y estructuras para propagación	31
3.4.1. Sistema con aspersión	33
3.4.2. Sistema sin aspersión	34
IV. MATERIALES Y METODOS	37
4.1. Materiales	37
4.1.1. Ubicación del campo experimental	37
4.1.2. Condiciones climáticas	37
4.1.3. Cámara de enraizamiento	38
4.1.4. Características del área de propagación	39
4.2. Métodos	39
4.2.1. Evaluación del enraizamiento (%)	39
4.2.2. Evaluación del número de raíces	40

4.2.3. Evaluación de longitud de raíz mayor	
(cm)	40
4.3. Componentes en estudio	40
4.3.1. Material vegetativo	40
4.3.2. Factores y niveles en estudio	40
4.3.3. Tratamientos en estudio	41
4.4. Diseño experimental	42
4.4.1. Modelo aditivo lineal	42
4.4.2. Análisis de varianza	43
4.5. Características de las unidades experimentales	43
4.6. Procedimiento experimental	44
4.6.1. Construcción e implementación de la infraestructura de propagación	44
4.6.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación	44

4.6.3. Recolección y acondicionamiento del material vegetativo	45
4.6.4. Traslado y almacenamiento del material vegetativo	45
4.6.5. Preparación de estacas	45
4.6.6. Tratamiento hormonal de estacas	46
4.6.7. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado	46
4.6.8. Instalación de equipos de mediciones ambientales	47
4.6.9. Manejo de los propagadores de subirrigación	47
4.6.10. Trasplante del material enraizado	47
4.6.11. Aclimatación del medio	48
V. RESULTADOS	49
5.1. Porcentaje de enraizamiento	49
5.2. Número de raíces	50
5.3. Longitud de raíz mayor (cm)	52

VI. DISCUSIONES DE	
RESULTADO	54
VII.	
CONCLUSIONES	67
VIII.	
RECOMENDACIONES	68
IX. BIBLIOGRAFIA	69
RESUMEN	
SUMARY	
ANEXO	



INDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1.	Datos climáticos de octubre a diciembre del 2010, correspondiente al periodo experimental	37
2.	Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP, Tarapoto	38
3.	Descripción de los tratamientos en estudio	41
4.	Esquema del análisis de varianza	43
5.	Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días. Datos transformados arcsen y	49
6.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal tipos de sustrato (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento evaluados a los 30 días	49
7.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días	50
8.	Análisis de varianza del número de raíces por estacas evaluado a los 30 días. Datos transformados y	50
9.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal tipos de sustrato (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al número de raíces por estaca evaluado a los 30 días.	51

10.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces por estaca evaluado a los 30 días	51
11.	Análisis de variancia de longitud de raíces mayor por estacas evaluado a los 30 días	52
12.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Tipos de sustrato (A) y Dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente a longitud de raíces mayor (cm) evaluados a los 30 días	52
13.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) para longitud de raíz mayor evaluado a los 30 días.	53
14.	Datos promedios de humedad relativa, intensidad lumínica, temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador de subirrigación durante 5 días de establecido el ensayo de estacas de quinilla	79

INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1.	Variaciones en la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días	80
2.	Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días	80
3.	Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días	81
4.	Propagador de subirrigación sencillo y económico que ha probado efectividad en el enraizamiento de estacas juveniles de especies tropicales	81
5.	Implementación del propagador de subirrigación	82
6.	Recolección y acondicionamiento del material vegetativo	82
7.	Preparación de estacas juveniles y tratamiento hormonal	83
8.	Tratamiento hormonal en la base de estaquillas de quinilla de subirrigación	83
9.	Establecimiento de las estaquillas de quinilla en el propagador de subirrigacion	84
10	Manejo del propagador de subirrigación (riego)	84

- 11 Estaca enraizada de quinilla a los 20 días de establecidas 85
- 12 Estacas de quinilla a los 30 días de establecidas en el Propagador 85



I. INTRODUCCIÓN

Quinilla (*Manilkara bidentata*) (A.DC.) especie nativa de la Amazonía Peruana que se utiliza en la construcción de puentes, postes, pisos para parquet. En la actualidad se encuentra en peligro de extinción por causa de la erosión genética y sobre todo por la agricultura migratoria que limitaría la disponibilidad de semillas en cantidad y calidad necesaria para su producción y reposición a través de programas de reforestación. Además es de un largo periodo fenológico para la obtención de semillas, el cual restringiría la posibilidad de abastecimiento y futura reproducción.

En tal sentido la propagación vegetativa es una alternativa viable, que ofrece muchas ventajas si se emplea correctamente y no demanda gran inversión económica. Una de las ventajas que ofrece esta técnica es que evita la dependencia de semillas botánicas. En tal sentido considerando la importancia de la especie y el hecho que aún no existen resultados de investigaciones en enraizamiento por estacas juveniles, planteamos definir la característica de la estaca más apropiada para su enraizamiento, haciendo uso del ácido indolbutírico y de una tecnología sencilla y económica como es la utilización del propagador de subirrigación.

La hipótesis del estudio es que al menos un sustrato y una dosis de ácido indolbutírico tendrán un mejor efecto en el éxito del enraizamiento de estacas juveniles de quinilla.

II. OBJETIVOS

- 2.1. Determinar el efecto de tres sustratos sobre el enraizamiento de las estaquillas de quinilla *Manilkara bidentata* (A.DC.), utilizando propagadores de subirrigación.
- 2.2. Determinar el efecto de cuatro dosis de AIB sobre el enraizamiento de las estaquillas de quinilla *Manilkara bidentata* (A.DC.) utilizando propagadores de subirrigación.
- 2.3. Evaluar las condiciones ambientales en el propagador de subirrigación durante el proceso de enraizamiento de quinilla *Manilkara bidentata* (A.DC.).



III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. Generalidades sobre la especie en estudio

3.1.1. Distribución y hábitat

La quinilla es una especie nativa de Puerto Rico, con una distribución extensa a través de las Indias Occidentales y desde México a través de Panamá hasta el norte de la América del Sur, incluyendo las Guyanas y Venezuela, hasta Perú y el norte de Brasil. (RICHTER y DALLWITZ. 2009)

La quinilla se encuentra desde cerca del nivel del mar hasta una altitud de 600 m. El árbol es una especie primaria y es altamente tolerante de la sombra.

La quinilla es una especie nativa a los suelos arcillosos-ácidos, derivados *in situ* o depositados por los procesos aluviales o coluviales. Los censos en existencia indican que crece principalmente en los suelos de los órdenes Inceptisoles y Oxisoles.

La quinilla prospera en una variedad de suelos que van desde arcillas hasta arenas, incluyendo los suelos rocosos, y en varias formaciones geológicas diferentes. Fisiográficamente, se le encuentra en pendientes y llanos y en valles abiertos. (RICHTER y DALLWITZ. 2009).

3.1.2. Clasificación botánica

La quinilla se clasifica de la siguiente manera según (USDA, 2010).

Reino : Plantae

Subreino : Tracheobionta

Superdivisión : Spermatophyta

División : Magnoliophyta

Clase : Magnoliopsida

Subclase : Dilleniidae

Orden : Ebenales

Familia : Sapotaceae

Género : Manilkara

Especie : *Manilkara bidentata*

La especie *Manilkara bidentata* es conocida de acuerdo al lugar con los nombres de “quinilla”, “balata”, “pamashto”.

3.1.3. Descripción morfológica

La quinilla llega alcanzar de 25 a 40 m de altura; la forma del tronco es circular; y se encuentran trozas de buena calidad de 15 a 25 m de longitud y de 50 a 85 cm de diámetro; los aletones son de variado desarrollo, que van de poco desarrollados hasta bien desarrollados, altos y extendidos. Con copa estratificada de color verde oscuro a verde claro. La corteza superficial del tronco es grisácea, con apariencia áspera, fisuras profundas; con una corteza muerta

gruesa; y la corteza viva es de color rojo anaranjado. Tiene un látex blanco, abundante y pegajoso. (RICHTER y DALLWITZ, 2009).

La Corteza externa, es de color marrón, algunas veces de apariencia rojiza, con ritidoma en placas.

La Corteza interna, tiene una apariencia de color rosado a rojiza, más oscura en troncos adultos. Exuda látex blanco.

Las Hojas, son simples, alternas y agrupadas en las ramas terminales con crecimiento rítmico; la Yema terminal prominente, obovadas, glabras y cartáceas; con peciolo acanalado dispuestos en espiral en la rama terminal.

Las Flores, son blancas y perfectas aparecen anualmente en un pedúnculo al comienzo de la temporada lluviosa, principalmente desde mayo hasta el final de agosto, con una florescencia ocasional al final del otoño. Las frutas se desarrollan a través del otoño, con la caída principal de la fruta ocurriendo en el invierno y al inicio de la primavera.

Los Frutos del Manilkara consisten de bayas globosas de alrededor de 2.5 cm de diámetro y por lo usual contienen una sola semilla negra y brillante, rodeada de una pulpa dulce y gomosa que es comestible. Ocasionalmente se pueden encontrar hasta dos semillas por fruta. (RICHTER y DALLWITZ. 2009).

3.1.4. Usos

La madera es utilizada para pisos, postes, chapas decorativas, instrumentos musicales y construcciones pesadas. Algunas veces para extraer látex. El duramen es de un color rojo claro cuando recién cortado y se vuelve pardo rojizo cuando seco. La albura es de blanquecina a parda clara. La madera es muy dura, fuerte, de textura fina y pesada. La madera se clasifica como excelente para el taladrado, moderada para el cepillado y pobre para el torneado. Es difícil de secar al aire y muestra un cuarteamiento y torcimiento severos si se seca con demasiada rapidez. (RICHTER Y DALLWITZ 2009).

La madera se acaba muy bien y se asemeja a la caoba. Es muy resistente a la termita de la madera seca, *Cryptotermes brevis*, altamente resistente a las termitas subterráneas, *Coptotermes niger*, *Heterotermes convexinotatus*, *H. tennis* y *Nasutitermes corniger*, pero susceptible a la polilla de mar. La madera es también muy resistente a los hongos de la pudrición blanca y parda, y es muy durable en contacto con el suelo. (RICHTER Y DALLWITZ 2009).

La quinilla es una de las maderas comerciales más fuertes y atractivas en San Martín. Su fortaleza, su resistencia al uso continuo y su durabilidad hacen que la madera sea adecuada para usarse en la maquinaria textil y los molinos de pulpa. Sus excelentes propiedades para ser doblada a vapor la hacen adecuada para la armazón de botes y otros tipos de trabajo con madera doblada.

En algunas áreas, los árboles han rendido látex por más de 25 años.

El látex se coagula con el calor del fuego o se seca al sol, para después usarse para fabricar recuerdos turísticos o artículos novedosos.

La savia de algunas de las especies de este género aparentemente puede ser usada como un sustituto para la leche de vaca. El látex tiene la consistencia y sabor de la crema, pero el consumo excesivo de la misma puede resultar en una severa constipación.

3.2. Sistemas de propagación

La propagación de las plantas se lleva a cabo mediante dos formas fundamentales: la reproducción sexual y la multiplicación vía asexual o vegetativa, que presentan diversas modalidades de acuerdo a la aptitud y morfología de cada especie (ROCHA, 1998).

3.2.1. Propagación sexual

La propagación sexual o germinativa, se refiere a la propagación por medio de semillas, en la cual existe una recombinación genética de los progenitores, logrando así la posibilidad de una

variabilidad entre las nuevas plantas (HARTMANN y KESTER, 1996).

3.2.2. Propagación asexual o vegetativa

La reproducción asexual puede ser; a) por medio de partes vegetativas, como tubérculos, estacas, rizomas, estolones o bulbos; y b) por medio de semillas no fertilizadas o apomixia. Toda la progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual, y constituye un clon. Todas las plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre (SEVILLA y HOLLE, 2004). Más específicamente, es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original, denominado clon (KAINS y McQUESTEN *et al.*, 1993). Es probable que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (ZOBEL y TALBERT, 1988), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico al original.

La propagación vegetativa comprende división celular mitótica, vale decir que es aquella donde se produce una replicación del material genético (o del sistema cromosómico) y del citoplasma de la célula madre a las dos células hijas. Esta condición origina,

posteriormente, crecimiento y diferenciación de tejidos somáticos (HARTMANN y KESTER, 1996). Luego las plantas propagadas vegetativamente reproducen, por medio de la replicación del ADN, toda la información genética de la planta madre, por lo que las características de la planta individual se mantienen a través del tiempo en la propagación asexual o vegetativa (CABELLO, 2000).

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a que todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, por lo cual la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc., haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar (HARTMANN y KESTER, 1996).

Para ZOBEL y TALBERT (1988), la propagación vegetativa tiene ventajas desde el punto de vista investigativo, como lo son:

- a. La valoración genética del material vegetal, incluyendo estudios de interacción genotipo – ambiente.
- b. Determinación de la magnitud y control de los efectos ambientales comunes o efectos que prevalecen en algunas especies.

- c. Preservación de genotipos y complejos genéticos en bancos clonales y jardines de multiplicación para fines específicos.
- d. Reducción del ciclo reproductivo para acelerar los procesos y prueba de cruzamiento.

3.3. Propagación vegetativa a través de estacas

ROJAS *et al.*, (2004) manifiesta que la propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en una cama enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta. O bien como cualquier porción de una planta (raíz, tallo, hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (WELLS, 1979).

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (HARTMANN y KESTER, 1996). Las estacas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante (CUCULIZA, 1956; HARTMANN y KESTER, 1996).

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (como las coníferas, por ejemplo). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (HARTMANN y KESTER, 1996).

3.3.1. Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a través de estacas

Según BOTTI (1999), la formación y el desarrollo de raíces a partir de estacas puede dividirse en cuatro etapas: inducción y diferenciación de un grupo de células meristemáticas (inicio de división celular); aumento de las divisiones celulares para formar los primordios iniciales (aún no determinados); organización de estos grupos en primordios radiculares (cuando hay aproximadamente 1500 células en cada primordio inicial) y crecimiento, diferenciación y emergencia de las nuevas raíces, incluyendo la ruptura de tejidos superficiales para permitir su salida y la conexión vascular con los tejidos vasculares de la estaca.

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (BOTTI, 1999).

Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman, por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (STRASBURGER, 1994).

El proceso de enraizamiento puede dividirse en cuatro fases: a) diferenciación de las células cercanas al anillo del tejido vascular, frecuentemente en células del parénquima cercana al xilema y floema inmaduro o secundario; b) la formación de células iniciales en las nuevas áreas meristemáticas; c) la organización de las células en los primordios radicales y d) crecimiento y emergencia. Los requerimientos para la iniciación de las raíces están afectados por factores genéticos y estado fisiológico de la planta, mientras

que la elongación de las raíces es más sensible a factores ambientales (Leakey, 1985 citado por GUTIÉRREZ, 2003).

Una buena iniciación del desarrollo radical adventicio, depende de la presencia en las estacas de cierto número de cofactores, que en combinación con las auxinas permiten que las estacas formen raíces (WEAVER, 1976). Un cofactor se puede definir como una sustancia natural con acción catalítica y reguladora del metabolismo, pero cuya acción no es suficiente por sí misma para determinar fenómenos de desarrollo, sino que actúan a manera de coenzimas (Rojas, 1972 citado por MANSILLA, 2004).

Para explicar el proceso de inducción de raíces, existe la teoría de la rizocalina de Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico no específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región del enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico; que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa), completan el complejo rizocalina, el cual actúa como estimulante de la rizogénesis (HARTMANN y KESTER *et al.*, 1996; y GUTIÉRREZ, 1997).

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (HARTMANN y KESTER, 1996).

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemos apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser más lento 1cm/hora en raíces y tallos; además, es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (STRASBURGER, 1994).

Para el crecimiento de raíces, en general se requieren bajas concentraciones auxínicas (dependiendo de la especie y la edad de la planta), debido a que las células de los meristemos radicales contienen un nivel de auxinas, provenientes de la parte aérea, suficientes para una elongación normal; no así para la formación de

raíces adventicias, en donde se requieren mayores concentraciones (SALISBURY y ROSS, 2000).

Las auxinas cumplen un rol primordial en la elongación celular y este puede ser descrito en dos procesos: aumentan la plasticidad de la pared celular y participan en reacciones que permiten el depósito de celulosa dentro de las paredes. Estos dos fenómenos se producen debido a que las microfibrillas de celulosa, orientadas inicialmente en ángulo recto al eje longitudinal de crecimiento, van modificando su ángulo de posición durante el crecimiento, para finalmente orientarlas casi paralelas a dicho eje, lo que produce un estiramiento de la pared celular y por consiguiente un alargamiento de la célula. Además, las auxinas intervienen en el crecimiento del tallo, inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y de frutos, activación de las células del cambium y otras (SALISBURY y ROSS, 2000).

3.3.2. Factores abióticos que condicionan el enraizamiento de estacas

3.3.2.1. Efecto de la luz

La irradiancia, el fotoperíodo y la calidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de

las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las especies (Xavier, 2002 citado por TORRES, 2003). Entretanto se debe evitar que las estacas sean expuestas a incidencia directa de los rayos solares, a fin de evitar la quema de los tejidos más tiernos (Ikemori, 1975; Valle, 1978 citados por TORRES, 2003).

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótica producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua, causando la reducción en el enraizamiento de las estacas. A su vez, un aumento en la irradiación eleva la presión de vapor en la hoja, reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la pérdida de agua por las estacas (Loach, 1988 citado por NUÑEZ, 1997). El enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es posible que exista demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento (HARTMANN y KESTER, 1996).

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la

fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperíodo (longitud del día) y a la calidad de luz. Estos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento (DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996). La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación y formación de raíces y yemas en las estacas; (MACDONALD, 1986). En algunas especies el mayor porcentaje de enraizamiento se obtiene con fotoperíodos largos y de iluminación continua (HARTMANN y KESTER, 1996).

3.3.2.2. Efecto de la temperatura ambiental

Las temperaturas excesivas del aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas (HARTMANN y KESTER, 1996), hecho indeseable para la propagación, ocurre también el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (Fachinelo, 1986 citado por TORRES, 2003), aumentan la respiración de los tejidos, provocando un

agotamiento de las reservas nutricionales mientras que bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (Carrera, 1977 citado por TORRES, 2003), y disminuyen el metabolismo de las estacas, llevando a un mayor tiempo para el enraizamiento o, incluso aun, proporcionando condiciones inadecuadas para que ocurra desarrollo y crecimiento radicular (Xavier, 2002 citado por TORRES, 2003). Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesén, 1991 citado por NUÑEZ, 1997).

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (HARTMANN y KESTER, 1996) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999).

3.3.2.3. Efecto del medio de enraizamiento

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación (GUTIERREZ, 2003). Según (Haissig, 1986 citado por NUÑEZ, 1997), la relación entre aire y agua en el medio de

enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxígeno, favorece la pudrición; un riego deficiente, y una concentración de oxígeno en el suelo muy alta conduce a la formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento. Por todo esto, es importante la selección correcta de los medios de enraizamiento (Evans, 1951 citado por LEAL *et al.*, 1994).

El medio de enraizamiento puede afectar el tipo de sistema radical que se originan de las estacas. Las estacas de algunas especies si se hacen enraizar en arena, producen raíces largas, no ramificadas, gruesas y quebradizas, pero cuando enraízan en una mezcla como arena y musgo turboso, o de perlita y musgo turboso, desarrollan raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles, de un tipo más apropiado para extraer y volver a plantar (HARTMANN y KESTER, 1996).

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999). Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena

retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (BOTTI, 1999). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (PEATE, 1989). Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica (SANDOVAL, 1997), con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y trasplante (JAMES, 1986).

El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

MESÉN (1998), menciona que en estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales. La arena fina en general ha dado buenos resultados con la mayoría de las especies.

3.3.2.4. Efecto de la humedad relativa

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado

para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos (DÍAZ, 1991) ya que las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, pérdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque esta esté sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (BRAUDEAU, 1981). La pérdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca deban estar turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aun no están formadas. Eso se ve agravado cuando se trabaja con especies que exigen largo tiempo para formar raíces y cuando se utilizan estacas con hojas y/o de consistencia herbácea (Norberto, 1999 citado por TORRES, 2003).

La humedad alrededor de las estacas tiene influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o aun, a través de la combinación de ambos métodos (Malavasi, 1994 citado por

TORRES, 2003). El efecto más inmediato que se atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar, es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua, con el aumento en el contenido del ABA (ácido abscísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento (Loach, 1988 citado por NUÑEZ, 1997).

3.3.2.5. Efecto de reguladores de crecimiento

Existe cierto número de compuestos sintéticos que cuando son introducidos en la planta con frecuencia producen resultados similares a aquellos causados por las hormonas que ocurren naturalmente. Estos compuestos han sido denominados “Reguladores de Crecimiento Vegetal” o Fitorreguladores y no pueden ser llamadas hormonas (Barcelló, 1992; citado por FANEGO, 2006).

Las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y cofactores a la base de la estaca (Leakey *et al.*, 1982 citados por NUÑEZ, 1997).

Existe un efecto directo de las auxinas en cuanto a la división celular y la elongación, así como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de la estaca, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial (Haissig, 1974 citado por NUÑEZ, 1997).

El transporte de las auxinas se realiza en forma polar, quiere decir que en el tallo se dará en dirección basípeta y en la raíz en dirección acrópeta (FANEKO, 2006). El transporte polar ocurre por la diferencia del potencial hídrico del tallo, el cual es positivo en la base y negativo en el ápice, como el IAA es un ácido que resulta ser electronegativo, es repelido por las células apicales y atraído por las basales (Valdés, 2001; citado por FANEKO, 2006). El movimiento ocurre normalmente en los tejidos como un todo a través de las células, más bien que usando conductos del xilema y del floema. Presumiblemente el proceso de transporte implique una interacción entre el AIA y la membrana plasmática de las células de las plantas (FANEKO, 2006).

La acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa. El agente responsable sería el

etileno, cuya síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta (Sivori, 1980 citado por MANSILLA, 2004).

HARTMANN y KESTER (1996) indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Las auxinas mejoran el transporte y la producción de la sacarosa en las hojas, que es uno de los factores que más ayudan al enraizamiento, por ser una fuente de carbono (JARVIS, 1986).

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas (quick dip), remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringas (MESÉN, 1998). La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación, si es en solución de alcohol, hay que evaporarlo antes de introducirlo (MESÉN, 1998). El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de

enraíce. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos (HARTMANN y KESTER, 1996).

Otros autores recomiendan el uso de alcoholes diluidos al 50% para no causar daños en el tejido vegetal. Sin embargo, existe el problema de que los ácidos no se disuelvan. Las soluciones deben ser ajustadas para cada especie, dependiendo del grado de lignificación de la estaca y la duración de la inmersión no debe ser prolongada (BLAZICH, 1988). El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora de enraizamiento. Tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (MESEN, 1998).

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberelinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de

promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógena de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento (Norberto, 1999; Wendling, et al., 2000 citado por TORRES, 2004).

Las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad del AIA, conjugándolos con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el AIB o el ANA (BLAZICH, 1988). Dentro del rango normal de concentración de AIB utilizadas para la mayoría de las especies (0.1 - 0.2%), las concentraciones mayores también tienen un efecto positivo al inhibir el crecimiento de las yemas en las estacas durante las primeras semanas en el propagador, al inducir el transporte de asimilados hacia la base de la estaca y permitir el desarrollo de raíces sin competencia con un brote en crecimiento. Una vez que se forman las raíces, la recuperación del balance hídrico y las reacciones fotosintéticas en la planta restauran el balance de crecimiento entre el brote y las raíces. Si no se aplican auxinas, el brote podría empezar a desarrollarse en la estaca antes de la formación de las raíces. Esto crea un punto de atracción de asimilados hacia los brotes, en competencia con la base de la estaca, lo cual reduce el enraizamiento (MESEN, 1993).

3.3.3. Factores bióticos que condicionan el enraizamiento de estacas

3.3.3.1. Edad de la planta madre

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (DIRR y HEUSER, 1987; BOTTI, 1999). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberelinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas. Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso (BOTTI, 1999).

3.3.3.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas

Este efecto es de suma importancia. Las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta (SANTELICES, 1998). El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas

promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas (HARTMANN y KESTER, 1996).

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma planta madre (MACDONALD, 1986; DIRR Y HEUSER, 1987; HARTMANN Y KESTER, 1996). En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas (HARTMANN y KESTER, 1996). Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis (MACDONALD, 1986; DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996).

La topófisis consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa (MACDONALD, 1986; HARTMANN y KESTER, 1996). En la práctica la topófisis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama de hábito plageotrópico se desarrollará y crecerá horizontalmente, o sea perpetuará el

habito plageotrópico (MACDONALD, 1986; DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996).

3.3.3.3. Superficie foliar de la estaca

El efecto que tiene el área foliar sobre la capacidad de enraizamiento, se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (Kamaluddin y Alt, 1996 citados por NÚÑEZ, 1997), producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (cofactores) o de nutrientes. Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala (Wilson, 1994 citado por NÚÑEZ, 1997).

Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (Loach, 1977 citado por GUTIÉRREZ, 2003). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO₂, para realizar la fotosíntesis (Leahey, 1985 citado por GUTIÉRREZ, 2003).

BRAUDEAU (1981), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

MESÉN (1998) dice que la estaquita juvenil debe conservar parte de la hoja, por ser esta fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo la hoja proporciona también una amplia superficie para la pérdida de agua por transpiración. Por estas razones las hojas deben recortarse a un tamaño tal que se logre el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y la ventaja de la fotosíntesis.

3.4. Sistemas y estructuras para propagación.

Aun en invernadero, no siempre la humedad es suficiente para permitir un buen enraizamiento de ciertas clases de estacas con hojas. Para que enraícen satisfactoriamente, es posible que se necesiten amazones cubiertos con vidrio o alguno de los materiales plásticos. Existe en la actualidad muchas variaciones de esas estructuras encerradas a las que se les denomina cajas wardian que también son útiles para colocar en

ellas injertos terminados de material de vivero pequeño, ya que retienen una humedad elevada durante el proceso de cicatrización.

También es posible colocar sobre un recipiente de estacas a enraizar una campana de vidrio (un frasco grande invertido). En esos dispositivos se puede conservar elevada la humedad, pero tan pronto como empieza el enraíce es necesario proporcionar sombra y ventilación; es posible colocar bolsas de polietileno sobre un simple armazón de alambre colocado en el recipiente de enraizamiento, para proporcionar así una cubierta barata y mantener una humedad relativa elevada al enraizar.

Según JINKS (1995), las funciones de propagación son: las de mantener una atmósfera de baja evaporación y minimizar la pérdida de agua en las estacas, sin llegar a afectar la aireación del medio de enraizamiento; asegurar temperaturas adecuadas para la formación de raíces en la base de las estacas; y proveer niveles de luz para la fotosíntesis.

El uso de sombra en los sistemas de propagación tiende a reducir la temperatura en las hojas así como la presión de vapor dentro de estas. Con la llegada de los sistemas de propagación mediante nebulización por aspersión, el efecto del enfriamiento del vapor permitió una reducción en el uso de la sombra; además, redujo el gradiente de presión de vapor foliar al incrementar la humedad (LOACH, 1977).

3.4.1. Sistema con aspersión

Este es tal vez el método más comúnmente utilizado para evitar el estrés hídrico. Está basado en la aspersión intermitente de las estacas con gotitas muy finas de agua. El tamaño de la gota está determinado por la presión de la fuente de agua. Existen

numerosos mecanismos de control para determinar la frecuencia y duración de las aspersiones y pueden consistir en relojes, interruptores fotosensibles u hojas electrónicas. La hoja electrónica es activada por cambios en la resistencia eléctrica entre dos electrodos. En climas calientes y soleados, la resistencia de la gota de agua entre los electrodos aumenta rápidamente conforme ocurre la evaporación.

Esto activa los aspersores, los cuales son desconectados a su vez por la disminución consecuente en la resistencia al humedecerse la hoja electrónica. En climas más frescos y húmedos, la aspersión es por lo tanto menos frecuente al disminuir la tasa de evaporación.

Por lo anterior es claro que el control de las aspersiones, y por lo tanto el éxito en el enraizamiento, involucra equipo que requiere mantenimiento, lo mismo que suministros de electricidad y agua de cañería. El mantenimiento e instalaciones inadecuadas resultarán en la ocurrencia de estrés hídrico. Por lo tanto es importante ajustar los mecanismos dependiendo del clima, teniendo en mente que el viento también puede alterar la distribución de las aspersiones insensible a los cambios de temperatura y a las diferencias entre climas soleados y nublados dará como resultado estacas que

sufrirán de déficit o exceso hídrico según las condiciones imperantes. Este problema es particularmente importante al propagar especies de sabana y de zonas secas, las cuales han mostrado ser más susceptibles a podrirse como resultado del exceso de aspersión. Las fallas en el suministro de electricidad o de agua obviamente resultarán en la muerte de las estacas, si no se emplean métodos manuales alternativos (LEAKEY y MESÉN, 1991).

3.4.2. Sistema sin aspersión

En muchos países tropicales, el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial (NEWTON y JONES, 1993); es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el cual es el propagador de polietileno (LEAKEY *et al.*, 1990), también llamado el propagador de subirrigación (MESÉN *et al.*, 1992). Fue desarrollado en el Instituto de Ecología Terrestre de Escocia (ITE) en un trabajo conjunto entre el CATIE y el ITE (LEAKEY *et al.*, 1990). Consiste en un invernadero en miniatura, los cuales tienen función de proveer agua por capilaridad a los diferentes sustratos y evitar su evaporación (MESÉN, 1998). Ha sido probada con éxito en

Centro América y África (LEAKEY *et al.*, 1990); que probaron ser efectivos para la propagación de gran cantidad de especies tropicales, con las ventajas adicionales de que son baratos y fáciles de utilizar y no requieren de electricidad ni agua de cañería, lo cual los hace apropiados para condiciones rurales y programas de capital (MESÉN, 1998); ya que propone el uso de materiales disponibles localmente y puede usarse a pequeña o gran escala (LONGMAN, 1993).

El propagador de subirrigación, es un sistema muy simple y de baja tecnología que no requiere un suministro de agua de cañería ni electricidad; según LEAKEY *et al.* (1990), consiste básicamente en un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6.0 a 10.0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3.0 a 6.0 cm) y grava, y los últimos 5 cm. se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, etc.). Los 20 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utiliza una sección de bambú o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja

se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna. El agua del propagador debe cambiarse al menos cada seis meses.

La efectividad del propagador de subirrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba del 90%, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersión (NEWTON y JONES, 1993). Bajo condiciones tropicales, el propagador de subirrigación también mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) (MESÉN *et al.*, 1996).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Materiales

4.1.1. Ubicación del campo experimental

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) San Martín, ubicado en el distrito de Morales, Provincia y Departamento de San Martín; cuyas coordenadas UTM son: N 9283654 y E 0347742 a una altitud de 332 m.s.n.m.m.

4.1.2. Condiciones climáticas

Cuadro N° 1. Datos climáticos de Octubre a Diciembre del 2010, correspondiente al periodo experimental.

Meses	Temperatura (°C)			Humedad Pr	Horas	Precipitación (mm)
	Mínima	Máxima	Media			
Octubre	23.00	27.90	25.85	70.61	7.80	117.10
Noviembre	23.20	28.20	25.80	73.46	9.01	168.50
Diciembre	22.30	27.80	25.10	78.43	6.01	244.40

FUENTE: INIA, Tarapoto (2010).

Cuadro N° 2. Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP, Tarapoto.

	Promedio	Rango
Humedad relativa (%)	78.87	66.20 - 89.14

Temperatura del aire (°C)	27.12	23.26 - 29.96
Temperatura del sustrato (°C)	28.21	24.00 - 31.56
Radiación solar (lux)	75.09	0.80 - 157.00

FUENTE: Elaboración propia.

En la primera semana de haber instalado el experimento y por el transcurso de cinco días al interior del ambiente de propagación y bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz (Cuadro 2 y Figura 1, 2 y 3, Anexo), se registró un rango de humedad relativa de 66.20% a 89.14%. El promedio de la radiación solar (intensidad lumínica) fue de 75.09 lux. El promedio de la temperatura del aire fue de 27.12 °C y la temperatura del sustrato de 28.21 °C.

4.1.3. Cámara de enraizamiento

La cámara de subirrigación es un propagador basado en el diseño HOWLAND (LEAKEY *et al.*, 1990) (Figura 4, Anexo), su estructura es de listones de madera forrada con polietileno (mica traslúcida) el cual crea su propio microclima; la base de la cámara está rellena con lecho de piedras menudas o guijarros sobre el cual se colocó el sustrato (arena media). Posteriormente se agregó agua hasta la base del sustrato, de manera que una vez cerrado el propagador, se crea un ambiente interior de alta humedad relativa. El sustrato fue previamente lavado, secado y luego desinfestado con hipoclorito de sodio (lejía) al 5.25%.

4.1.4. Características del área de propagación

Fue instalado a 2.0 m de altura y cubierto por una malla sombreadora de 80% para regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia las cámaras de subirrigación además presentó un piso con topografía plana para permitir la homogeneidad en la distribución del agua al interior de la cámara.

4.2. Métodos

4.2.1. Evaluación de enraizamiento (%)

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de estacas enraizadas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición. Se consideró como estaca enraizada la que presentó al menos una raíz de 2 mm de largo.

4.2.2. Evaluación del número de raíces por estaca

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de raíces/estacas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

4.2.3. Evaluación de longitud de raíz mayor (cm)

Se evaluó al final del experimento, midiendo con vernier milimetrado la longitud de la raíz más larga, en base al total de unidades por tratamiento y repetición.

4.3. Componentes en estudio

4.3.1. Material vegetativo

Se utilizaron estaquillas de plántulas de quinilla (*Manilkara bidentata*) del vivero forestal del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana ubicado en el distrito de Morales, Provincia y Departamento de San Martín.

4.3.2. Factores y niveles en estudio

a) Tipos de sustrato (A)

a₁ = Arena gruesa

a₂ = Arena media

a₃ = Arena fina

b) Dosis de ácido indolbutírico (B)

b₁ = 0.0 %

b₂ = 0.2 %

b₃ = 0.4 %

b₄ = 0.8 %

4.3.3. Tratamientos en estudio

Cuadro N° 3. Descripción de los tratamientos en estudio.

Tratamiento	Clave	Sustrato	Dosis de AIB
T ₁	a ₁ b ₁	Arena gruesa	0.0 %
T ₂	a ₁ b ₂	Arena gruesa	0.2 %
T ₃	a ₁ b ₃	Arena gruesa	0.4 %
T ₄	a ₁ b ₄	Arena gruesa	0.8 %
T ₅	a ₂ b ₁	Arena media	0.0 %
T ₆	a ₂ b ₂	Arena media	0.2 %
T ₇	a ₂ b ₃	Arena media	0.4 %
T ₈	a ₂ b ₄	Arena media	0.8 %
T ₉	a ₃ b ₁	Arena fina	0.0 %
T ₁₀	a ₃ b ₂	Arena fina	0.2 %
T ₁₁	a ₃ b ₃	Arena fina	0.4 %
T ₁₂	a ₃ b ₄	Arena fina	0.8 %

4.4. Diseño experimental

En el presente trabajo de investigación se utilizó el diseño completo al azar con parcelas divididas (DCA y PD) en donde las parcelas grandes corresponderán a los sustratos y las parcelas pequeñas a las dosis de AIB. Se probaron tres sustratos (arena gruesa, media y fina) influenciados por cuatro soluciones hormonales de ácido Indol-3-Butírico AIB (0, 0.2, 0.4 y 0.8%), cuyas combinaciones hacen un total de 12 tratamientos, con 04 repeticiones que hacen un total de 48 unidades experimentales. Cada

06 estacas juveniles es una unidad experimental. Los resultados de enraizamiento (%), número de raíces, Longitud de raíz mayor, fueron evaluados en el programa Microsoft Excel 2007 y sometidos a un análisis de variancia y prueba de rangos múltiples de Tukey ($p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$) empleando el procedimiento GLM (Modelo general lineal) en el programa SAS V7.2 (SAS Institute Inc.), los datos de porcentaje fueron transformados convenientemente mediante la fórmula $\arcsen \sqrt{\%}$ y datos de conteo transformados a $\sqrt{\quad}$. (SNEDECOR y COCHRAN 1980).

4.4.1. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \epsilon_{ij} + \beta_k + (\alpha\beta)_{ik} + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = es el enraizamiento observado con el i -ésimo nivel del factor *sustrato*, j -ésima repetición, y k -ésimo nivel del factor *A/B*.

μ = Es el efecto de la media general

α_i = es el efecto del i -ésimo nivel del factor *sustrato*.

ϵ_{ij} = es el efecto del error experimental en parcelas

β_k = es el efecto del k -ésimo nivel del factor *A/B*.

$(\alpha\beta)_{ik}$ = es el efecto de la interacción en el i -ésimo nivel del factor *sustrato* y el k -ésimo nivel del factor *A/B*.

ϵ_{ijk} = es el efecto de la interacción en el i -ésimo nivel del factor *sustrato* y el k -ésimo nivel del factor *A/B*.

Para:

i= 1,2,3 niveles del factor sustrato que va a nivel de parcela

j= 1,2,3,4, repeticiones para los niveles del factor sustrato

k= 1,2,3,4, niveles del factor AIB a nivel de subparcela

Cuadro N°4. Análisis de Variancia

Fuente de variabilidad	GL
Repetición	3
Tipos de Sustratos (A)	2
Error (a)	6
Dosis de AIB (B)	3
Interacción (A×B)	6
Error (b)	27
Total	47

4.5. Característica de las unidades experimentales

a) Cámara de propagación

Largo total de cámara : 2.40 m

Largo neto de cámara : 2.38 m

Ancho total de cámara : 0.80 m

Ancho neto de cámara : 0.78 m

Área total de cámara : 1.91 m²

Área neta de cámara : 1.76 m²

b) Experimento

Número total de repeticiones 4

Nº de estacas / tratamiento 6

Nº de estacas/ repetición 24

Nº total de estacas del ensayo 288

Distanciamiento entre estacas : 0.10 m

4.6. Procedimiento experimental

4.6.1. Construcción e implementación de la infraestructura de propagación.

Para la construcción de la infraestructura de propagación se empleó madera aserrada de 2.70 m altura que fueron enterradas a 0.70 m de profundidad colocados cada 4.0 m; esta se implementó colocando como cobertura y protección lateral una malla de sombra negra para lograr una sombra de 80%.

4.6.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación.

El sustrato que se utilizó para el enraizamiento de estacas fue “arena” previamente lavado, desinfectado y solarizado. Los propagadores de subirrigación se construyeron de listones de madera y fueron forrados con plástico transparente doble, se cubrió con una tapa bien ajustada, también forrada de plástico. Los primeros 25 cm se cubrieron con capas sucesivas de piedras grandes (6.0 – 10.0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3.0 – 6.0 cm) y grava, y los últimos 5 cm se cubrieron con el sustrato de enraizamiento (arena media). Para introducir el agua u observar su nivel se utilizó una sección de tubo de 4” de diámetro insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material permitiendo sobresalir 15 cm sobre la superficie del propagador. Luego por este medio se llenó con agua los 20 cm basales de la cámara de propagación para de esta manera mantener siempre húmedo por capilaridad al sustrato (Figura 4).

4.6.3. Recolección y acondicionamiento del material vegetativo

La recolección se realizó de material vegetativo de plántulas sanas y vigorosas en horas de la mañana 6.00 a 7.00 a.m., tomándose los brotes principales.

4.6.4. Traslado y almacenamiento del material vegetativo

Posteriormente la recolección del material vegetativo, se trasladó en cubetas para evitar el “estrés” fisiológico que podrían sufrir en el periodo desde la corta hasta su establecimiento en el propagador.

4.6.5. Preparación de estacas

Se usaron estaquillas de porción apical, es decir de 4.4 mm diámetro y 8.0 cm de largo. El proceso de instalación de las estaquillas se realizó en un solo día. Cada estaquilla conservó parte de la hoja de acuerdo al estudio; éstas se procesaron en condiciones asépticas y adecuadas evitando así la contaminación y deshidratación de material.

4.6.6. Tratamiento hormonal de estacas

Para preparar una solución de AIB al 0.2%, se disolvió 0.2 g de AIB enrazado a 100 ml de alcohol puro. El regulador de crecimiento ácido indolbutírico fue disuelto en solvente utilizando el alcohol puro (96%), la solución auxínica (AIB) fue en concentraciones de 0.2, 0.4, 0.8% aplicado a la base de la estaca utilizando para ello una microjeringa de 10 µl, con

evaporación inmediata del alcohol con una corriente de aire puro, puesto que este permite un control exacto de la cantidad y la concentración aplicada a todas las estacas, independientemente de las variaciones en el diámetro de las mismas, su pubescencia o el grado de transpiración.

4.6.7. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado

En el sustrato dentro del propagador se abrieron hoyos de aproximadamente 2 cm de profundidad en el cual se colocaron las estacas con cuidado haciendo presión al sustrato firmemente alrededor de la estaca para lograr una buena superficie de contacto. El espaciamiento entre estacas fue de 10 x 10 cm. El etiquetado se colocó una vez instalado el ensayo indicando la combinación de factores en estudio. Las estacas fueron distribuidas de acuerdo al diseño experimental.

4.6.8. Instalación de equipos para mediciones ambientales

Se registró la irradiación solar con el equipo digital: luxómetro con resolución de 1, 10 y 100 lux, y rangos de 2000, 20 000 y 50 000 lux. La humedad relativa y la temperatura del aire y del suelo se midieron usando los equipos digitales: termohigrómetro, geotermómetro. Todas estas evaluaciones por el transcurso de cinco días desde 6.00 a.m a 6.00 p.m en la segunda semana de haber establecido el ensayo.

4.6.9. Manejo del propagador de subirrigación

Una vez que las estacas fueron establecidas en el propagador, se asperjó bien las hojas de las estacas con agua mediante el uso de un aspersor manual. Se realizaron inspecciones interdiarias para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento. Siempre que se abrió la tapa del propagador para inspecciones, se roció con agua las hojas de las estacas así ayudándolas a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento.

4.6.10. Trasplante del material enraizado

Cuando las raíces tuvieron de 2.0 cm de longitud, se extrajeron las estaquillas del propagador para ser repicados en bolsas almacigueras, que contenía un sustrato conformado de: dos carretillas de suelo negro, una carretilla de arena y una carretilla de humus de lombriz, cuya relación técnica es: 2:1:1. Se tuvo cuidado al realizar el trasplante, ya que las raíces recién formadas fueron delicadas y quebradizas.

4.6.11. Aclimatación de las estaquillas logradas

A los 30 días de instalado el experimento, las estaquillas logradas se trasladaron a un ambiente protegido de los rayos solares y se aplicarán riegos frecuentes durante los primeros días (plantas bajo una malla de serán de 80 % de sombra y aplicación de uno o dos riegos diarios)

durante 1 mes bajo estas condiciones con los mismos cuidados que se le brinda a cualquier planta de vivero.



V. RESULTADOS

5.1. Porcentaje de enraizamiento

Cuadro N° 5. Análisis de variancia del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen(\sqrt{\quad})$

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Repetición	3	0.14	
Tipos de sustrato (A)	2	2.29	**
Error (a)	6	0.05	
Dosis de AIB (B)	3	0.46	**
AxB	6	0.07	n.s
Error (b)	27	0.09	
Total	47		

C.V = 36.49% $R^2 = 76.0\%$ $\bar{X} = 50.7\%$

n.s= No significativo con $p=0.05$, **=Significativo con $p<0.01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro N° 6. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal tipo de

a ₃ Arena fina	67.71%	(1.01)	a
a ₁ Arena gruesa	16.67%	(0.36)	b
Dosis de AIB (B)			
b ₄ 0.8 %	61.11%	(0.95)	a
b ₂ 0.2 %	61.11%	(0.95)	a
b ₃ 0.4 %	48.61%	(0.77)	a b
b ₁ 0.0 %	31.94%	(0.53)	b

^(1/) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\quad}$, ⁺Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ellas.

Cuadro N° 7. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B)

en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días.				
Trat.	Descripción de tratamientos	Enraizamiento (%)		
T ₈	Arena media + 0.8%	83.23%	(1.27) ^{1/}	a ⁺
T ₆	Arena media + 0.2%	83.31%	(1.21)	a
T ₁₀	Arena fina + 0.2%	79.17%	(1.17)	a b
T ₁₁	Arena fina + 0.4%	70.83%	(1.08)	a b
T ₇	Arena media + 0.4%	70.82%	(1.03)	a b
T ₁₂	Arena fina + 0.8%	70.81%	(1.01)	a b
T ₉	Arena fina + 0.0%	50.00%	(0.80)	a b c
T ₅	Arena media + 0.0%	37.50%	(0.59)	a b c
T ₄	Arena gruesa + 0.8%	29.17%	(0.56)	a b c
T ₂	Arena gruesa + 0.2%	20.83%	(0.47)	b c
T ₁	Arena gruesa + 0.0%	8.33%	(0.21)	c
T ₃	Arena gruesa + 0.4%	8.33%	(0.21)	c

^(1/) Datos transformados $\arcsen(\sqrt{\quad})$, ⁺Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ellas.

5.2. Número de raíces

Cuadro N° 8. Análisis de variancia del número de raíces evaluado a los 30 días. Datos transformados a $\sqrt{\quad}$

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Repetición	3	0.20	
Tipos de sustrato (A)	2	0.31	n.s
Error (a)	6	0.18	
Dosis de AIB (B)	3	0.69	**
AxB	6	0.24	n.s
Error (b)	27	0.09	
Total	47		

C.V = 16.4% $R^2 = 71.0\%$ $\bar{X} = 2.4$

n.s= No significativo con $p > 0.05$, *=Significativo con $p < 0.05$, **=Significativo con $p < 0.01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro N° 9. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal tipo de sustrato (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al

número de raíces evaluados a los 30 días.

Factores	Número de raíces		
Tipos de sustrato (A)			
a2 Arena media	2.70	(1.88) ^{1/}	a [‡]
a3 Arena fina	2.61	(1.88)	a
a1 Arena gruesa	1.94	(1.64)	a
Dosis de AIB (B)			
b4 0.8 %	2.92	(1.95)	a
b2 0.2 %	2.87	(1.94)	a
b3 0.4 %	2.69	(1.87)	a
b1 0.0 %	1.17	(1.44)	b

^(1/) Datos transformados ($\sqrt{\quad}$ ^(1/)), [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ellas.

Cuadro N° 10. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces evaluado a los 30 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Número de raíces		
T ₈	Arena media + 0.8%	3.77	(2.16) ^{1/}	a [‡]
T ₇	Arena media + 0.4%	3.59	(2.14)	a
T ₁₁	Arena fina + 0.4%	3.40	(2.11)	a b
T ₂	Arena gruesa + 0.2%	3.48	(2.08)	a b
T ₁₀	Arena fina + 0.2%	2.88	(1.96)	a b
T ₁₂	Arena fina + 0.8%	2.75	(1.93)	a b
T ₆	Arena media + 0.2%	2.23	(1.79)	a b
T ₄	Arena gruesa + 0.8%	2.25	(1.75)	a b
T ₉	Arena fina + 0.0%	1.33	(1.52)	a b
T ₅	Arena media + 0.0%	1.19	(1.45)	a b
T ₁	Arena gruesa + 0.0%	1.00	(1.37)	b
T ₃	Arena gruesa + 0.4%	1.00	(1.37)	b

^(1/) Datos transformados ($\sqrt{\quad}$ ^(1/)), [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ellas.

5.3. Longitud de raíz mayor

Cuadro N° 11. Análisis de variancia de longitud de raíz mayor (cm) evaluado a los 30 días.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Repetición	3	0.62	
Tipos de sustrato (A)	2	4.47	*
Error (a)	6	0.58	
Dosis de AIB (B)	3	4.15	**
AxB	6	1.27	**
Error (b)	27	0.56	
Total	47		

C.V = 42.95% $R^2 = 69\%$ $\bar{X} = 1.75$

n.s= No significativo con $p=0.05$, *=Significativo con $p<0.05$, **=Significativo con $p<0.01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro N° 12. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal tipo de sustrato (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente a la longitud de raíz mayor evaluados a los 30 días.

Factores	Longitud de raíz mayor (cm)	
Tipos de sustrato (A)		
a2 Arena media	2.07	a [‡]
a3 Arena fina	2.04	a
a1 Arena gruesa	1.14	b
Dosis de AIB (B)		
b4 0.8%	2.44	a
b3 0.4%	1.89	a b
b2 0.2%	1.63	b c
b1 0.0%	1.02	c

*Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Cuadro N° 13. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) para longitud de raíz mayor evaluado a los 30 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Longitud de raíz mayor (cm)	
T ₈	Arena media + 0.8%	(2.94)	a [‡]
T ₇	Arena media + 0.4%	(2.88)	a
T ₆	Arena media + 0.2%	(2.50)	a b
T ₁₀	Arena fina + 0.2%	(2.27)	a b c
T ₁₁	Arena fina + 0.4%	(2.10)	a b c
T ₁₂	Arena fina+ 0.8%	(1.61)	a b c
T ₄	Arena gruesa + 0.8%	(1.57)	a b c
T ₉	Arena fina + 0.0%	(1.50)	a b c
T ₂	Arena gruesa + 0.2%	(1.49)	a b c
T ₁	Arena gruesa + 0.0%	(0.96)	b c
T ₅	Arena media + 0.0%	(0.61)	b c
T ₃	Arena gruesa + 0.4%	(0.53)	c

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.



VI. DISCUSIÓN DE RESULTADO

6.1. Porcentaje de enraizamiento

En el Cuadro N° 5 se observa el análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento, donde no existen diferencias estadísticas significativas, para la interacción AxB (tipo de sustrato por dosis de ácido indolbutírico), sin embargo en la fuente de variación tipo de sustrato (A) y dosis de ácido Indolbutírico (B) si presentaron diferencias altamente significativas.

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro N° 6) para el efecto principal tipo de sustrato (A), se puede indicar que no hubo diferencias significativas entre arena media y arena fina presentando una mayor y mejor respuesta de enraizamiento (67.71%), diferenciándose estas de arena gruesa que presentó menor y bajo enraizamiento con 16.67% respectivamente. Estos resultados concuerdan con Mesén (1992), donde el mejor resultado de enraizado se dé en arena media en la especie forestal de *Gmelina arborea*.

También se menciona que la arena media como medio de enraizamiento a dado buenos resultados con la mayoría de las especies, siendo más conveniente en el último caso, es posible que se deba al mejor balance entre aireación y humedad de las partículas de arena media en comparación arena gruesa (Mesén 1998).

En el cuadro N° 6, según la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor principal dosis de AIB, se observa que el mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo con las dosis 0.8 y 0.2% con 61% en ambos tratamientos, diferenciándose estadísticamente del tratamiento sin

aplicación de AIB con 31.94%. Estas diferencias podrían deberse a que las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad de la auxina natural ácido indolacético (AIA), conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el ácido indolbutírico (AIB) (BLAZICH, 1988). Al parecer, la mayor habilidad de enraizamiento en las estacas tratadas con AIB está relacionada con el incremento de la actividad cambial subsecuente aumento del tejido parenquimáticas de mayor actividad metabólica en las estacas, circunstancia que puede incidir favorablemente en la disponibilidad de carbohidratos solubles durante el proceso de enraizamiento, efecto conocido para las auxinas (VIEITEZ et al., 1980). haissig, 1974; leakey et al., 1982 citado por NÚÑEZ (1997) menciona sus efectos directos sobre la división celular asociados con un aumento en la tasa de transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de las estacas donde promueven la iniciación y desarrollo de las raíces.

Dichos efectos se pudieron observar en el mayor porcentaje de enraizamiento en las estacas de quinilla tratadas con AIB. Actualmente está bien establecido que los metabolitos y otros cofactores de crecimiento se translocan hacia las regiones tratadas con auxinas (PHILLIPS, 1975). Otro efecto de las auxinas a la base de la estaca asociado con la formación de raíces, es su capacidad de estimular la síntesis de ADN en ciertas células (GASPAR y HOFINGER, 1988).

Esto se corrobora con los resultados obtenidos en el CATIE (Díaz, 1991; Leakey, 1990; Mesén, 1992; Mesén, 1993; Mesén y Trejos, 1997; Núñez,

1997), la concentración de 0,2 de AIB, a dado los mejores resultados en *A. acuminata*; *B. quinata*; *Cedrela odorata*; *E. deglupta*; *G. arborea* y *S. macrophylla*; con *Platymiscium pinnatum*, las dosis de 0,2 % y 0,8 % de AIB fueron los mejores cuando se utilizó arena como sustrato, respectivamente.

Para la interacción (tipos de sustrato por dosis de AIB) de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro N° 7, se observa que el tratamiento T8 (arena media al 0.8% de AIB) fue el que superó y presentó el mejor comportamiento, alcanzando el mayor porcentaje de enraizamiento (83.33%), seguido del tratamiento T6 (arena media al 0.2% de AIB) con 83.31%. Este mayor porcentaje de enraizamiento en estaquillas de quinilla se debe posiblemente a una concentración adecuada de hormona acelerando la formación y el crecimiento inicial de las raíces adventicias, habiendo un equilibrio con el tipo de sustrato por sus diferentes características mencionadas anteriormente.

Corroborando con Leakey, 1987 citado por GUTIÉRREZ 2003, un buen sistema de enraizamiento se considera cuando es superior al 70 %.

Los beneficios de la aplicación de auxinas sobre la formación de raíces en las estacas es bien reconocido (HARTMANN Y KESTER 1997). Además de los efectos directos de la auxina sobre la división y el crecimiento celular, han sido asociados con un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores hacia la base de la estaca, donde promueven la iniciación y el desarrollo de raíces (MESÉN, 1998).

Existen otros factores que afectan al enraizamiento, entre ellas la humedad relativa. La (Figura N° 1, Anexo) ilustra las variaciones típicas en humedad relativa (%) para un periodo de cinco días (20 al 24 de noviembre, 2010) bajo las condiciones de Tarapoto registrando un rango de 66 a 89% (Cuadro N° 2). Esta alta humedad relativa tiene influencia directa sobre las estacas de quinilla, que logran mantener una condición de turgencia a lo largo del periodo de enraizamiento.

El mantenimiento de la turgencia es crítico durante las primeras semanas, cuando las estacas aún no han desarrollado raíces que puedan compensar grandes pérdidas de agua por transpiración. Las variaciones en humedad relativa están asociadas a variaciones en irradiación (intensidad lumínica) y su efecto sobre la temperatura; los aumentos en la irradiación van seguidos de disminuciones en la humedad relativa estos resultados se pueden observar en la (Figura N° 2 y Figura N° 1, Anexo).

La efectividad del propagador de subirrigación (Figura 4, Anexo) radica en su capacidad de mantener una alta humedad relativa y baja déficit de presión de vapor, manteniendo así la turgencia foliar de las estacas de quinilla. La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas (GAY y LOACH, 1977; GRANGE y LOACH, 1983). Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (LOACH, 1988).

Otro factor es la temperatura; el rango de temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador fue de 23-29 °C y 24-31 °C (Cuadro 2). LEAKEY y MESÉN (1991) indican que las temperaturas bajas son importantes por dos razones: i) las tasas de evaporación son menores, y ii) la capacidad de retención de agua del aire (humedad) es dependiente de la temperatura, por lo cual las temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener la humedad relativa alta.

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1997). BOTTI (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (HARTMANN y KESTER, 1997) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (HARTMANN Y KESTER, 1997; BOTTI, 1999).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28°C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20°C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Experiencias con otras especies tropicales evidencian que la temperatura óptima del aire que favorecen al enraizamiento es de 20 a 25 °C, aunque temperaturas hasta 30 °C son aceptables siempre y cuando se mantenga una humedad relativa cercana al 95% (LEAKEY y MESÉN 1991).

Adicionalmente, el sustrato es otro factor importante que afecta el enraizamiento. LOACH (1988) indica que cada especie tiene sus requerimientos particulares en cuanto a sustrato de enraizamiento, aparentemente asociado al balance entre agua y aire del mismo. Para el enraizamiento de quinilla se utilizó arena como sustrato que ha mostrado un buen comportamiento, es posible que se deba al mejor balance entre aireación y humedad de las partículas de arena al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas (WRIGTH, 1964). Durante el enraizamiento, el oxígeno funciona como un receptor de electrones en la respiración e influye en la bioquímica de la mitosis, la cual permite expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de las raíces (HAISSIG, 1986). El agua es esencial para mantener la presión de turgencia, la cual permite la expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de las raíces (LOACH, 1988). Adicionalmente, el exceso de agua alrededor de la base de la estaca funciona como una barrera para la difusión del oxígeno, causando en el peor de los casos, anoxia y muerte de los tejidos (LOACH, 1986), el agua llega a desplazar el aire de los poros no capilares del suelo y produce una deficiencia en oxígeno (KRAMER, 1983). Además, una reducción en el nivel de oxígeno en el medio provoca el cierre de los estomas (ERSTAD y GISLEROD, 1994) lo cual influye en el enraizamiento al reducir la toma de CO_2 limitando la fotosíntesis.

6.2. Número de raíces

El análisis de varianza (Cuadro N° 8) para el número de raíces, no encontró diferencias significativas para la fuente de variación tipos de sustrato (A) ni para la interacción AxB (tipos de sustrato por dosis de ácido Indolbutírico). Para la fuente de variación: dosis de ácido indolbutírico (B) se encontraron diferencias altamente significativas. Teniéndose consigo índices estadísticos como coeficiente de variación de 16.4%, coeficiente de determinación de 71% los cuales son aceptables según (CALZADA, 1982).

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro N° 9) para el efecto principal tipos de sustrato (A), no existen diferencias estadísticas significativas entre ellas. Aunque numéricamente, arena media fue la que presentó mayor número de raíces adventicias (2.70 raíces por estaca en promedio), seguida de arena fina y arena gruesa (2.61 y 1.94 raíces en promedio respectivamente)

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB (Cuadro N° 9), muestra que no existen diferencias estadísticas a las estacas que han sido tratadas con AIB al 0.8, 0.2 y 0.4% respectivamente. Aunque numéricamente la dosis 0.8% de AIB fue la que presentó en promedio el mayor número de raíces adventicias (2.92 raíces). El número promedio de raíces por estaca, mostró la típica tendencia creciente al aumentar la dosis de AIB, como se ha observado en muchas otras especies tropicales (MESÉN, 1993; MESÉN et. al., 1996b) tales como en estacas de *Cordia alliodora* (MESÉN et. al., 1997b); *Vochisia guatemalensis* (MESÉN et. al., 1996b) y *Khaya ivorensis* (TCHOUNDJEU y LEAKEY, 1996). Esto indica que la aplicación de AIB aceleró la formación y el crecimiento inicial de las

raíces adventicias en las estacas de quinilla. Este incremento en el número de raíces puede estar relacionado con la función del ácido indolbutírico de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo a la base de las estacas (HAISSIG, 1986). Según VEIERSKOV et al., (1982), una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir un incremento en el número de raíces por estaca. En todos los casos las raíces emergieron de la parte lateral de las estacas. Esta tendencia posiblemente se relacione con la hipótesis de que cada una de las fases sucesivas que ocurren durante el proceso de enraizamiento es fisiológicamente diferente, como lo es también, la necesidad de auxina en cada fase (GASPAR y HOFINGER 1988). Se observó además en las estacas de quinilla no tratadas con AIB, un número inferior de raíces emergidas indicando con ello que existió cierta liberación y traslocación de auxinas endógenas.

Generalmente, se acepta que los procesos de iniciación y desarrollo de raíces son afectadas por un juego diferente de condiciones (LOVELL y WHITE 1986). Por su parte, el número de raíces producido por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (LOVELL y WHITE 1986, MOE y ANDERSEN 1988, VEIERSKOV y ANDERSEN 1982). Por lo tanto, una vez que la estaca enraíza, las dosis crecientes de AIB, mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaca, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presentó en el presente estudio.

La interacción entre el tipo de sustrato y la dosis de ácido indolbutírico Cuadro N° 10 en el número de raíces, la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$), demuestra que los tratamientos (T8, T7), no se diferencian estadísticamente entre sí, sin embargo resultan ser superiores a los demás tratamientos puesto que son los que logran obtener el mayor número de raíces; Así mismo para este parámetro evaluado el comportamiento de la arena gruesa con bajas dosis de AIB no resulta ser más influyente en la generación de raíces.

Leakey, 1987, citado por GUTIÉRREZ (2003), menciona que es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes. En un estudio realizado en *Crytomeria japonica*, el número de raíces por estacas estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxígeno (Loach, 1986, citado por NÚÑEZ, 1997).

El número de raíces producidos por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (LOVELL y WHITE 1986, MOE y ANDERSEN 1988, VEIRSKOV y ANDERSEN 1982). Por lo tanto, una vez que la estaca enraíza, las dosis crecientes de AIB mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaca, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presento en el siguiente estudio.

Otro factor que afecta el enraizamiento es la irradiación; en el ambiente del propagador ha sido identificado como uno de los factores de mayor influencia en el enraizamiento de estacas con hoja (LOACH, 1977; LOACH y WHALLEY, 1978; LOACH y GAY, 1979; FRENCH y LINN, 1984; GRANGE y LOACH, 1985). La irradiación en el ambiente afecta primeramente la turgencia de las hojas y la producción de carbohidratos requeridos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANDE y LOACH, 1985). La irradiación no debería ser tan alta como para inhibir el enraizamiento a través de sus efectos sobre la acumulación de azúcares y pérdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANGE y LOACH, 1985; LOACH, 1988). Es por ello que para el experimento se utilizó una malla sombreadora al 20% de traspaso de luz, además las hojas de las estacas de quinilla se podaron para reducir la transpiración, pero permitir al mismo tiempo cierta actividad fotosintética durante el periodo de enraizamiento de 30 días. El rango de la intensidad lumínica en el experimento durante cinco días fue de 0.80 a 157.0 lux (Cuadro 2).

Evidentemente la sombra excesiva tampoco es recomendable, puesto que también se requiere una adecuada radiación solar para fotosintetizar y su influencia se refleja en la producción de asimilados, en el metabolismo y la traslocación de las auxinas y afecta el balance entre auxinas y carbohidratos, importante en el enraizamiento (HASEN *et al.*, 1978).

6.3. Longitud de raíz mayor

El análisis de varianza (Cuadro N° 11) para longitud de raíz mayor, encontró diferencias altamente significativas en la fuente de variación dosis de ácido Indolbutírico (B) y en la interacción AxB (tipos de sustrato por dosis de ácido indolbutírico). Para la fuente de variación: tipos de sustrato (A) se encontraron diferencias estadísticas significativas.

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro N° 12) para el efecto principal tipos de sustrato (A), no existen diferencias estadísticas significativas entre arena media y arena fina, pero sí estas con arena gruesa; alcanzando en promedio mayor longitud de raíz el sustrato arena media con 2.07 cm y menor longitud el sustrato arena gruesa con 1.14 cm. Esto se debe a que hay una mayor porosidad y por lo tanto una mayor aireación que contribuye al alargamiento celular. Cabe destacar que el balance óptimo entre capacidad de retención de agua y aireación varía entre las especies, aunque la arena media (2 mm) en términos generales siempre da resultados más satisfactorios (LEAKEY y MESÉN 1991). Adicionalmente, el exceso de agua alrededor de la base de la estaca funciona como una barrera para la difusión del oxígeno, causando en el peor de los casos, anoxia y muerte de los tejidos (LOACH 1986). Además, una reducción en el nivel de oxígeno en el medio provoca el cierre de los estomas (ERSTAD y GISLEROD 1994) lo cual reduce el enraizamiento al limitar la fotosíntesis.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB (Cuadro N° 12), muestra que existen diferencias estadísticas significativas en las estaquillas

que fueron tratadas y no tratadas con AIB. La longitud de raíz mostró la típica tendencia creciente al aumentar la dosis de AIB, destacando la dosis 0.8% con mayor longitud (2.44 cm). Esto indica que la aplicación de AIB en mayor dosis aceleró la formación y el crecimiento inicial de las raíces adventicias en las estacas de quinilla. Este incremento en la longitud puede estar relacionado con la función del ácido indolbutírico de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo a la base de las estacas (HAISSIG, 1986).

Para la interacción (tipo de sustrato por dosis de AIB) de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro N° 13), se observa que no existen diferencias significativas entre los tratamientos T₈, T₇, T₆, T₁₀, T₁₁, T₁₂, T₄, T₉, y T₂ pero sí estas con el tratamientos T₃.

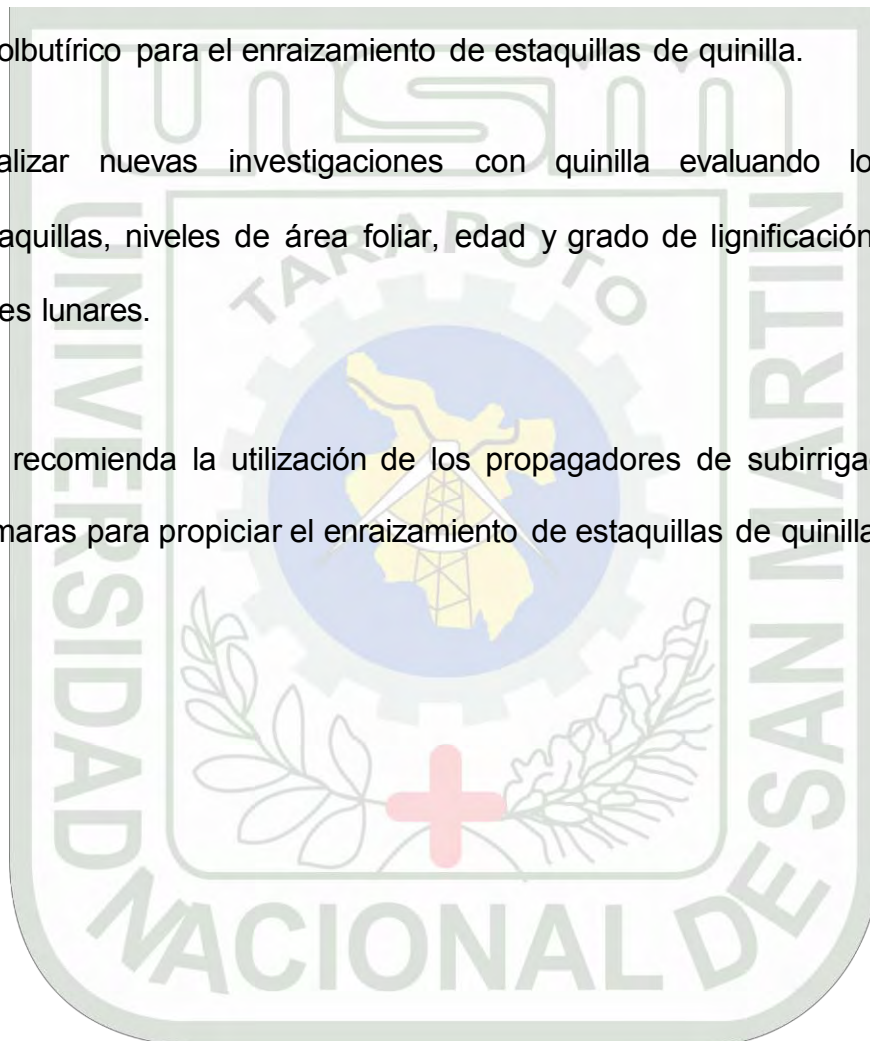
El tratamiento T₈ reportó numéricamente mayor longitud de raíz con 2.94 cm seguida del tratamiento T₇ con 2.88 cm de raíz y con menor número de raíces el tratamiento T₃ con 0.53 cm.

VII. CONCLUSIONES

- 7.1.** El sustrato para el enraizamiento de estacas de quinilla, más propicio fue el de arena media, registrándose con mejor efectividad o capacidad para generar enraizamiento.
- 7.2.** Con la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) a 0.8% se obtuvo en promedio el mayor porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíz mayor y sin la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) se obtuvo en promedio el menor porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíz.
- 7.3.** La influencia de factores como humedad relativa en un rango (66 - 89 %), temperatura del ambiente (23 – 29 °C), temperatura de sustrato (24 – 31 °C) y la intensidad luminosa entre un rango de (0,80 – 157,0 lux) dentro del propagador de sub irrigación, garantiza el enraizamiento de estaquillas de quinilla.

VIII. RECOMENDACIONES

- 8.1. Se sugiere utilizar arena media como sustrato y dosis de 0.8% de ácido indolbutírico para el enraizamiento de estaquillas de quinilla.
- 8.2. Realizar nuevas investigaciones con quinilla evaluando longitud de estaquillas, niveles de área foliar, edad y grado de lignificación del brote, fases lunares.
- 8.3. Se recomienda la utilización de los propagadores de subirrigación como cámaras para propiciar el enraizamiento de estaquillas de quinilla.



IX. BIBLIOGRAFIA

1. BLAZICH, F. 1988. Chemicals and Dormulations used to promete adventitious rooting. In: Davis, T; Haissig, BE; Sankhla, N (eds). Adventitious root formation in cuttings. Protiand, Oregon P. p 132-149.
2. BOTTI, C. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. p 72-82.
3. BRAUDEAU, J. 1981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
4. CABELLO, A. 2000. Propagación Asexual. Apuntes de Clases N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.
5. CUCULIZA, P. 1956. Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos YF. L. Villanueva. 340 p.
6. DIAZ ERA, SALAZAR R, MESEN F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía, 51. 4 p.

7. DOUGLAS A., DONALD M., JAMES F., y STANLEY R., 2005. Fundamentos de Química Analítica. Octava Edición. International Thomson Editores S.A. Pág. 76.

8. FANEGO, A. 2006. Aportes a la metodología de propagación de *Bougainvillea glabra* Choisy. Tesis presentada en opción del título académico de “Master en Ciencias Agrícolas”, Universidad Agraria de la Habana Fructuoso Rodríguez Pérez. 56 p.

9. GUTIERREZ, M. 2003. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 120 p. [En línea]. CATIE. (<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0315e/A0315e.pdf#pagemode=bookma>. Doc. 26 de setiembre 2008).

10. HARTMANN, T. y KESTER, E. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.

11. JARVIS, BC. 1986. Endogenous control of adventitious rooting in now – wood. In: Jackson. MB. New root formation in plants and cuttings. Direct. NE. Martinus Nijhoff Publishers. p. 191-221.

12. KAINS, M. y McQUESTEN, L. 1993. Propagation of plants. New York. USA. Orange Judo Publishing Company, INC. 639 p.

13. LEAKEY RRB, MESÉN F, TCHOUDJEU Z, LONGMAN KA, DICK JMCP, NEWTON A, MATIN A, GRACE J, MUNRO RC, MUTOKA PN. 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. *Commonwealth Forestry Review* 69(3):247-257.
14. LEAKEY RRB, MESÉN F. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: enraizamiento de estacas suculentas. Capítulo 10. In *Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central*. Cornelius JP, Mesén F, Corea E (eds.), Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. pp. 135-153.
15. LEAKEY RRB, MESÉN F. 1991. Estrategia de silvicultura para especies forestales tropicales. Capítulo 11. In *Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central*. Cornelius JP, Mesén F, Corea E (eds.), Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. pp. 155-170.
16. LONGMAN, K. 1993. Rooting Cuttings of Tropical Trees. *Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals*. Vol. 1. Commonwealth Science Council, London. 137 p.
17. MACDONALD, B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery growers. London. Ed. Batsford. 669 p.

18. MANSILLA, D. 2004. Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como potenciales cultivos ornamentales. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p. [En línea]. Cybertesis. (<http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fam288p/html/index-frames.html>, Documentos., 12 Noviembre, 2008).
19. MESEN, F. 1988. Propagación vegetativa de *Araucaria hunsteinii* Sch. mediante enraizamiento de estacas. Tesis Ing. agrónomo. Turrialba.universidad de Costa rica. 77 p.
20. MESEN, F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Thesis Ph.D. Edinburgh, Scotland, University of Edinburgh. Institute of Terrestrial Ecology. 231 p.
21. MESEN F, LEAKEY RRB, NEWTON AC. 1996. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. In Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina. Memorias, Salazar R (ed.), Managua, Nicaragua, 16-20 de octubre 1995. pp. 101-110.
22. MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p.

23. NUÑEZ, Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hyeronima alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p. [En línea]. CATIE.<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0488e/A0488e.pdf#pagemode=bookma,documentos>, 20 Julio 2008).
24. PEATE, N. 1989. Media for cutting propagation. Washington. U. S. A. The International Plant Propagators Society. 39: p. 71-76.
25. RICHTER Y DALLWITZ. 2009. descriptions, illustrations, identification, and Information retrieval. In English, French, German, Portuguese, and Spanish. Version: 25th June 2009. <http://delta-intkey.com>'.
26. ROCHA, G. 1998. Manual de propagación de plantas. Segunda Edición. Editorial Ateneo. Buenos Aires, Argentina. 209 p.
27. ROJAS, S. GARCIA, J. ALARCON, M. 2004. Propagación Asexual de Plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas. CORPOICA/PRONATA/MADR. Colombia. 55 p.
28. SALISBURY, F. y ROSS, W. 2000. Fisiología de las plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 p.

29. SANDOVAL, A. 1997. Propagación vegetativa de *Eucalyptus globulus* a través del enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. 50 p.

30. SANTELICES, R. 1998. Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.

31. SEVILLA y HOLLE, 2004. Recursos Genéticos Vegetales. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.

32. STRASBURGUER, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1068 p.

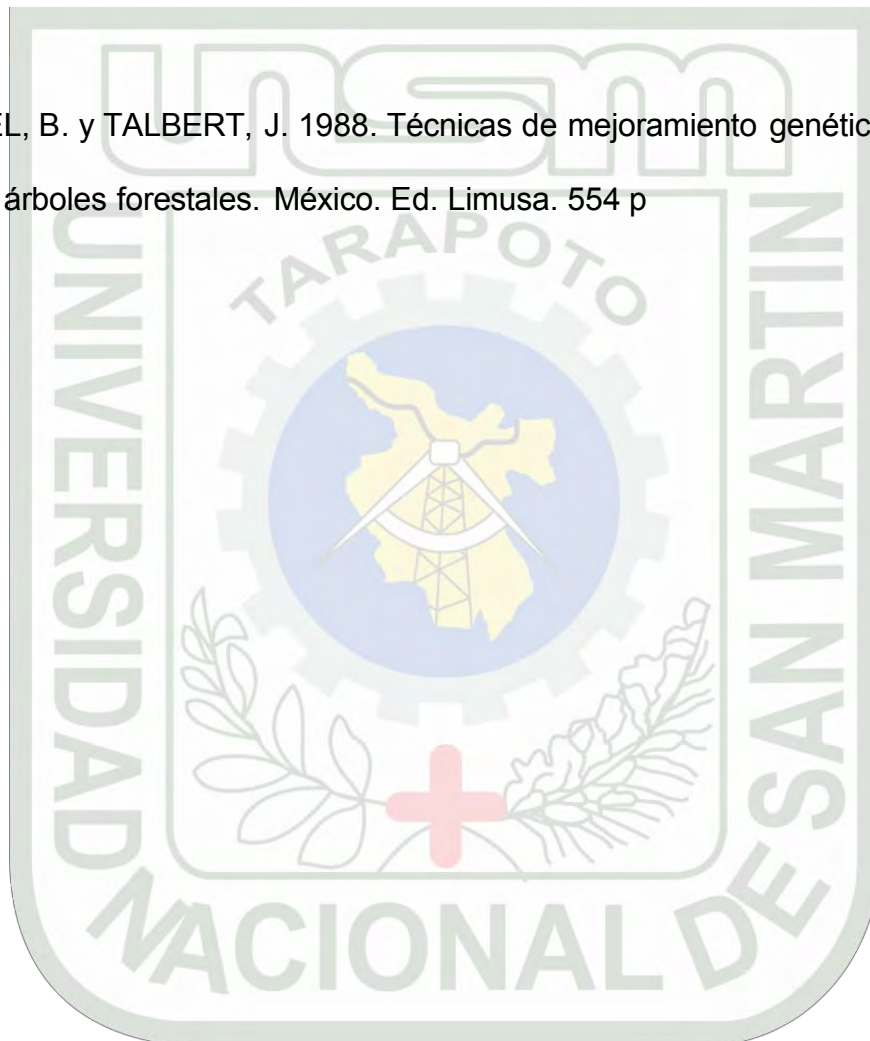
33. TORRES, A. 2003. Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p. [En línea]. USP. (<http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11150/tde-09122003-105826/>, Doc 04 Set. 2007).

34. WEBSTER, G. L. 1994. Synopsis of the genera and suprageneric taxa of

Euphorbiaceae. Annals of the Missouri Botanical Garden 81: 33-144.

35. WELLS, J. 1979. Plant propagation practices. 14^a printing. New York. USA. Macmillan Publishing co., INC. 344 p.

36. ZOBEL, B. y TALBERT, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p



RESUMEN

Especie que se utiliza en la construcción de puentes, postes, pisos para parquets, en líneas ferroviarias. En la actualidad se encuentra en peligro de extinción por causa de la erosión genética y sobre todo por la agricultura migratoria que limitaría la disponibilidad de semillas en cantidad y calidad necesaria para su producción y reposición a través de programas de reforestación.

En el presente trabajo se evaluó los efectos de tres tipos de sustrato y cuatro dosis de ácido-3-indolbutírico (AIB) sobre la capacidad de enraizamiento de quillas de quinilla (*Manilkara bidentata*), utilizando cámaras de subirrigación. El ensayo se realizó en el vivero forestal del instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana en San Martín (IIAP); empleando un diseño completamente al azar con parcelas divididas conformado por doce tratamientos, cuatro repeticiones y seis estaquillas por unidad experimental. Al término de 30 días se obtuvo un 83% de enraizamiento utilizando arena media como sustrato y 0.8% de AIB. Es necesario, la utilización de sombra sobre los propagadores para reducir la irradiación, las temperaturas aéreas y del sustrato dentro de los propagadores, así como para mantener una alta humedad relativa.

Palabras claves: *Manilkara bidentata*, propagación vegetativa, estacas juveniles, enraizamiento, área foliar, AIB, cámara de subirrigación.

SUMMARY

Species used in the construction of bridges, poles, hardwood floors in ferrovianas lines. It is now in danger of extinction due to genetic erosion and particularly by shifting cultivation that would limit the availability of seeds in quantity and quality needed for production and replacement through reforestation programs.

This study evaluated the effects of three substrate types and four doses of acid-3-indole butyric (IBA) on rooting ability of keels quinilla (*Manilkara bidentata*), using cameras subirrigation. The trial was conducted in the forest nursery of the Institute of Peruvian Amazon Research in San Martín (IIAP), using a completely randomized design with split plot consisting of twelve treatments, four replications and six cuttings per experimental unit. At the end of 30 days was obtained 83% rooting medium sand as a substrate using 0.8% AIB. It is necessary, the use of shadow on the propagators to reduce radiation, air temperatures and substrate within the propagators, as well as to maintain high relative humidity.

Keywords: *Manilkara bidentata*, vegetative propagation, juvenile cuttings, rooting, leaf area, AIB, camera subirrigation.



Cuadro N° 14. Datos promedios de humedad relativa, intensidad lumínica, temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador de subirrigación durante 5 días de establecido el ensayo de estacas de *Manilkara bidentata*.

HORAS	Humedad relativa (%)	Intensidad lumínica (lx)	Temperatura del aire (°C)	Temperatura del sustrato (°C)
06:00 am	88.08	1.80	23.28	21.88
07:00 am	88.50	25.60	23.94	22.62
08:00 am	87.40	38.80	24.33	24.12
09:00 am	85.00	108.80	25.38	25.94
10:00 am	79.60	111.60	26.92	27.34
11:00 am	72.60	157.00	28.40	29.26
12:00 pm	66.20	142.60	29.68	31.04
01:00 pm	71.60	117.60	29.96	30.96
02:00 pm	74.60	138.60	29.40	29.98
03:00 pm	72.80	68.60	29.68	31.56
04:00 pm	72.40	50.80	29.04	30.84
05:00 pm	80.80	13.60	27.22	29.38
06:00 pm	85.20	0.80	25.60	27.60

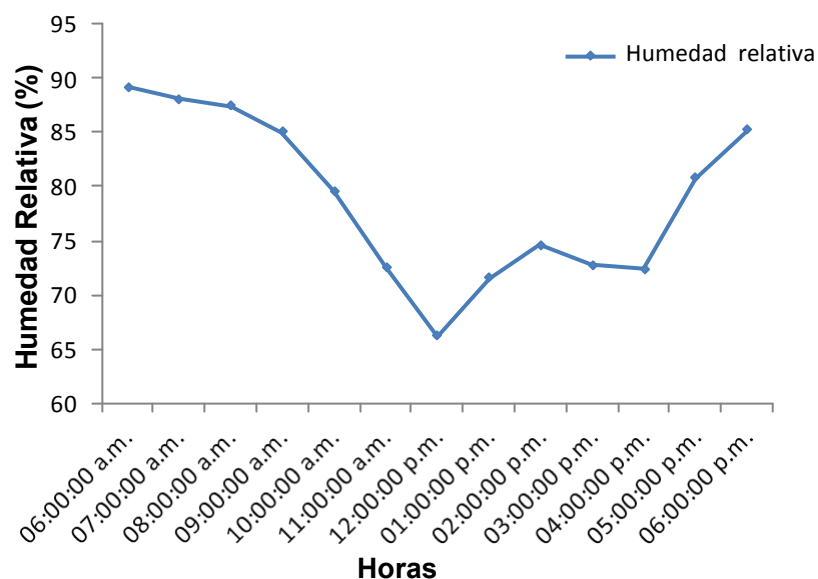


Figura N° 1. Variaciones en la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.

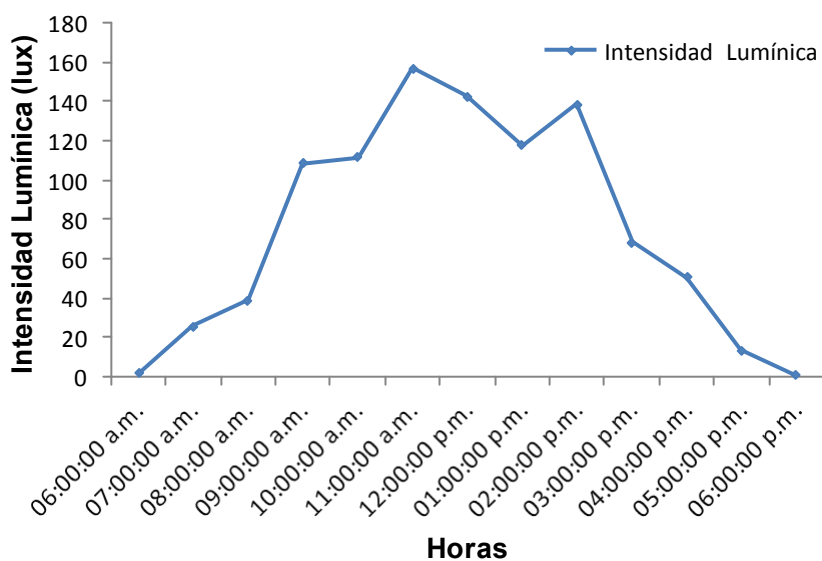


Figura N° 2. Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.

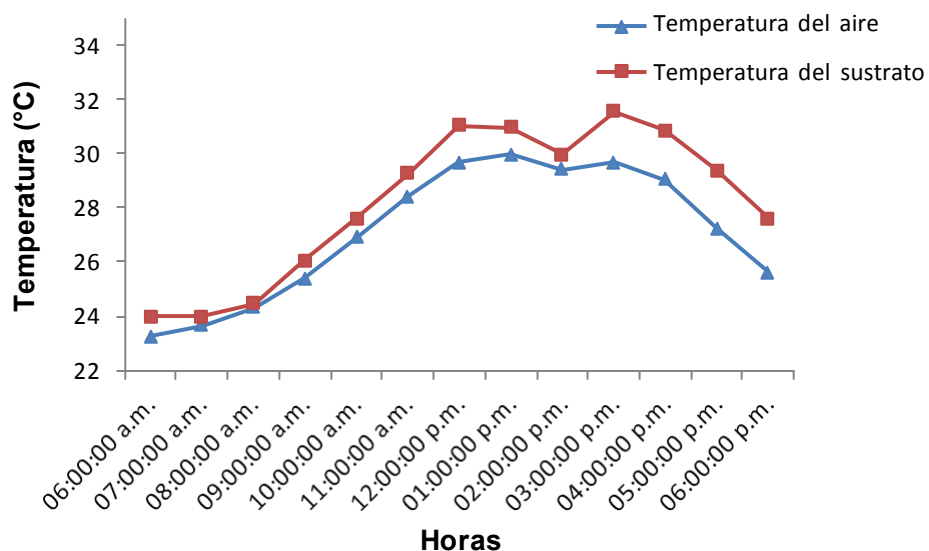


Figura N° 3. Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% traspao de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días

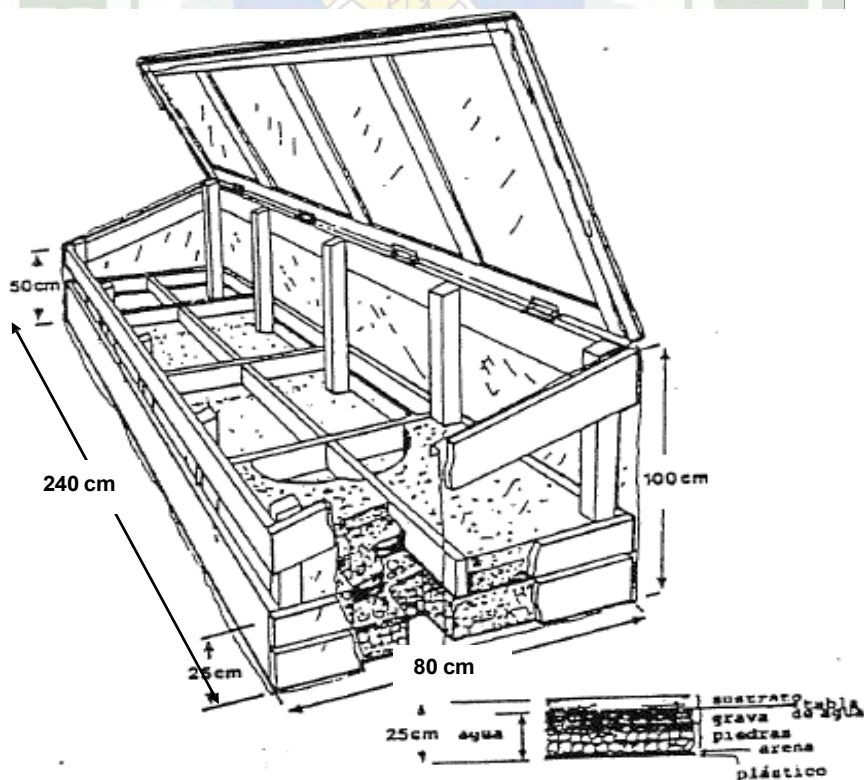


Figura N° 4. Propagador de subirrigación sencillo y económico que ha probado efectividad en el enraizamiento de estacas juveniles de especies tropicales (Leakey *et al.*, 1990).



Figura N° 5. Implementación del propagador de subirrigación



Figura N° 6. Recolección y acondicionamiento del material vegetativo



Figura N° 7 Preparación de estaquillas de quinilla



Figura N° 8 Tratamiento hormonal en la base de estaquillas de quinilla



Figura N° 9. Establecimiento de las estaquillas de quinilla en el propagador de subirrigación.



Figura N° 10. Manejo del propagador de subirrigación



Figura N° 11. Estaquillas enraizadas de quinilla a los 20 días de establecida en el propagador



Figura N° 12. Estaquillas de *quinilla* a los 30 días de establecida en el propagador